TOME XIII. (N. S.) ANNÉE 1947.
Série Pathologie Végétale. — Mémoire n° 2.

RÉPUBLIQUE FRANÇAISE

MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE

INSTITUT NATIONAL DE LA RECHERCHE AGRONOMIQUE

ANNALES DES ÉPIPHYTIES

ORGANE DES STATIONS ET LABORATOIRES DE RECHERCHES

MÉTHODE D'ESSAI EN SERRE DES PRODUITS DE LUTTE CONTRE LE MILDIOU DE LA VIGNE

PAR

G. MOREL,
Chargé de recherches au Laboratoire de Phytopharmacie de Versailles.

Rédaction et échanges : Centre National de la Recherche Agronomique, route de Saint-Cyr, Versailles (S.-et-O.)

Abonnements : Imprimerie Nationale, 27, rue de la Convention, Paris (xve)

PARIS
IMPRIMERIE NATIONALE



ANNALES DES ÉPIPHYTIES

ORGANE DES STATIONS ET LABORATOIRES DE RECHERCHES.

MÉMOIRES PARUS DU TOME XIII,

ANNÉE 1947.

Série Entomologie :

1. R. CHAUVIN. — Observations et expériences sur les facteurs qui contrôlent le déplacement des bandes larvaires du Criquet marocain. *Dociostaurus maroccanus* (Orth. Acrid.)
2. J. GIBAN. — Données fournies par le baguage sur la biologie du Freux (*Corvus frugilegus* L.) en France et sur la migration de l'espèce en Europe occidentale.

Série Pathologie Végétale :

1. KUHNHOLTZ-LORDAT. — Notes de Pathologie végétale. (*Suite.*)
2. G. MOREL. — Méthode d'essai en serre des produits de lutte contre le Mildiou de la Vigne.
3. A. KOVACHE, H. FICHEROULLE, M. RAUCOURT et G. MOREL. — Recherches sur les propriétés fongicides de certains composés organiques.

MÉTHODE D'ESSAI EN SERRE

DES

PRODUITS DE LUTTE

CONTRE LE MILDIOU DE LA VIGNE

Par G. Morel,
Chargé de recherches au Laboratoire de Phytopharmacie de Versailles.

Introduction.

Les conditions économiques causées par la guerre, notamment l'extrême pénurie de cuivre ont redonné une activité nouvelle aux recherches sur les anticryptogamiques. Tandis que certains chercheurs se sont efforcés de trouver une meilleure utilisation au peu de cuivre dont disposait notre agriculture (soit en étudiant des bouillies pauvres en métal, soit en combinant de nouveaux mélanges tels que : bouillies au citrate, ammoniure de cuivre, etc.), d'autres se sont résolument orientés dans une autre voie et se sont adressés aux innombrables antiseptiques organiques que l'agriculture avait jusqu'ici dédaignés faute d'études systématiques. Cette voie s'annonce d'ailleurs féconde et de nombreux auteurs américains n'ont point hésité à s'y engager sans y être pourtant, comme nous autres, contraints par l'économie de guerre. L'un d'eux n'hésite pas à annoncer une révolution prochaine dans le domaine des fongicides et déclare plaisamment que : les têtes qui portent la couronne de roi et de reine des fongicides, le cuivre et le soufre, ne sont pas sans inquiétude dans l'attente d'une révolution qui pourrait leur faire perdre leur suprématie.

Il n'existe malheureusement aucun fil conducteur pour déceler dans le dédale des composés organiques ceux qui présentent un intérêt anticryptogamique. Il sera pendant longtemps encore illusoire de rechercher une relation entre la structure chimique d'un corps et cette propriété. D'ailleurs il ne suffit pas qu'un produit soit fongicide pour être utilisable dans la lutte contre les maladies des plantes. D'excellents antiseptiques comme les crésols ou l'acide salicylique par exemple sont impossibles à employer pour lutter contre le Mildiou, soit qu'ils soient toxiques pour les cultures, soit qu'ils manquent de stabilité ou encore que la biologie du parasite lui permette de se soustraire à leur action.

Pour entreprendre de telles recherches, il est donc nécessaire d'avoir une méthode d'essai rapide et efficace se rapprochant le plus possible des conditions d'utilisation du produit.

Généralités sur les méthodes d'essai biologique des fongicides.

De nombreuses méthodes d'essai biologique ont été décrites, se proposant d'étudier l'action anticryptogamique des produits chimiques sur divers champignons. Ces études sont excessivement délicates en raison de la grande variabilité du matériel vivant sur lequel on opère, et jusqu'à ces dernières années, il était bien difficile d'obtenir des résultats cohérents dans ce genre d'essais, au point qu'un auteur américain, Burn, écrivait en 1930 : «Biological assay as carried out by the majority of workers in the world, still remains a subjet for amusement or despair, rather for satisfaction and self-respect(1).» Fort heureusement l'analyse méticuleuse des facteurs causant des variations dans la germination des spores et l'interprétation statistique des résultats permettent d'accorder plus de crédit aux méthodes actuelles. On peut ranger ces méthodes en trois grandes catégories : 1° Essais de laboratoire; 2° Essais en serre; 3° Essais en plein champ.

Au cours des essais de laboratoire, on fait agir le produit à étudier soit sur le mycelium d'un champignon, soit sur ses spores. Dans le premier cas, on peut mesurer une propriété particulière de ce mycelium, comme le poids, le diamètre ou l'opacité de la colonie. Dans le second cas, on compte le nombre de spores susceptibles de germer après avoir subi l'action du produit. Cette seconde façon d'opérer est très utilisée aujourd'hui. Différents auteurs américains comme Mc Callan, Wilcoxon, Wellman, ont récemment mis au point des techniques très précises basées sur ce principe (2). Ils utilisent certaines espèces particulièrement commodes pour ces essais comme le *Macrosporium sarcinaeforme* Cav., le *Sclerotinia fructicola* (Wint), Rehm, l'*Alternaria solani* (Ell. et Mart). Jones et Grout et le *Glomerella cingulata* (St.) Sp. et Vons. Le champignon est cultivé dans des conditions bien déterminées. Au bout de sept jours on récolte les spores, on en fait dans de l'eau distillée une suspension ajustée à la concentration de 50.000 par centimètre cube et c'est sur cette suspension que l'on fait agir le produit à étudier. Pour cela, on peut l'incorporer directement à la suspension. On prélève ensuite à la pipette un peu du mélange spores + produit. On en dépose des gouttes sur des lames de verre. Ces lames sont examinées au microscope au bout de 24 heures. Mais on préfère généralement pulvériser une solution du produit sur la lame de verre, la faire sécher et y déposer ensuite une goutte de la suspension de spores. Cette façon d'opérer, bien que plus compliquée, se rapproche davantage des conditions d'utilisation du produit. Dans les deux cas, des comptages et l'analyse statistique des résultats permettent de déterminer la dose léthale médiane, ce que les américains appellent la «D. L. 50», c'est-à-dire la concentration à laquelle le produit empêche la germination de 50 p. 100 des spores.

Ces méthodes nous paraissent difficilement applicables au Mildiou de la Vigne, en raison de la grande sensibilité des conidies du *Plasmopara* aux agents chimiques et de leur mode de germination si spécial. Différents auteurs, il est vrai, tels que Kotte (3), Görnitz (4), Staudermann (5), Ravaz (6) et Branas (7, 8) ont bien étudié l'action de divers fongicides sur des suspensions de conidies de Mildiou, mais leurs techniques sont loin d'avoir la rigueur de celle des auteurs américains et sont sujettes à des critiques telles que celle que Burn adressait aux anciennes méthodes d'essais biologiques.

A l'opposé des tests de laboratoires, les essais comparatifs en plein champ semblent réaliser les conditions idéales pour étudier un anticryptogamique agricole, puisque là l'auteur travaille dans les conditions mêmes de son utilisation. Cette façon d'opérer bien qu'indispensable pour renseigner sur la valeur pratique d'un produit, est pourtant impossible à utiliser pour le but que nous nous proposons : la recherche de fongicides nouveaux. Nous avons vu qu'il était nécessaire pour cela de passer en revue un très grand nombre de corps; or, la méthode d'essai dans le vignoble est excessivement lente et peu précise. En plein champ, on n'est pas maître des facteurs climatiques qui déclanchent la maladie. Les attaques du parasite sont irrégulières, difficiles à prévoir et n'ont lieu que pendant une période assez courte de l'année, d'où impossibilité de travailler de façon continue. Il importait donc de trouver une méthode qui échappât à ces inconvénients : plus rapide et plus précise que les essais en plein champ et plus près des conditions d'application pratiques du produit que les délicats tests de laboratoire. C'est pourquoi nous avons adopté la solution intermédiaire d'essais en serre. Là, on est maître des facteurs physiques qui règlent l'évolution de la maladie. On travaille dans des conditions de température et d'humidité bien déterminées. On peut, à l'abri des influences saisonnières, infecter les plantes lorsqu'on le désire, en n'importe quelle saison. Des méthodes d'essais en serre ont été décrites il y a quelques années aux États-Unis, par Hamilton (9) qui étudiait la Tavelure du Pommier, et plus récemment de façon très précise par Mac Callan et Wellman (10, 11) qui utilisent comme plante la Tomate qu'ils infectent par des spores de l'*Alternaria solani* (Ell. et Mart.) Jones et Grout, de *Septoria lycopersici* (Speg) et de *Phytophthora infestans* (Mont) De Bary ou encore le Muflier parasité par le *Puccinia antirrhini* Diet et Holm. En Allemagne, Staudermann a réalisé des essais analogues sur le Mildiou de la Vigne. La méthode que nous nous proposons de décrire appartient à la série de tests antiparasitaires dont le laboratoire de Phytopharmacie a entrepris la mise au point en vue de l'étude des propriétés pharmacodynamiques des substances chimiques.

Culture du Mildiou.

La première condition pour la réalisation de tels travaux est d'avoir constamment une source de conidies fraîches de *Plasmopara*. Or ce champignon est un parasite obligatoire de la vigne. On ne peut le cultiver *in vitro* comme le Mildiou de la Pomme de terre sur des milieux inertes. Aussi avons-nous tourné la difficulté en le cultivant sur des tissus vivants de vigne.

La culture *in vitro* des tissus végétaux après n'avoir pendant plus de trente ans abouti qu'à des échecs, s'est engagée, il y a quelques années dans une voie nouvelle, couronnée de succès. Cela grâce aux beaux travaux de White aux U. S. A. (12), de Gautheret (13, 14) et de Nobecourt (15) en France. Ces auteurs ont réussi à faire proliférer *in vitro*, et à maintenir en survie indéfinie les tissus de différentes plantes herbacées telles que le Tabac, le Soleil, la Carotte, le Topinambour, etc. C'est la technique de Gautheret qui, appliquée à la vigne, nous a permis de réaliser la culture indéfinie des tissus de cette plante (16).

Voici comment on opère pour réaliser de telles cultures. On prélève sur la plante, de préférence au printemps, des rameaux jeunes en voie de croissance rapide. Ces sarments sont effeuillés et stérilisés par une immersion d'une heure environ dans une solution d'hypochlorite de calcium à 70 grammes par litre. Après lavage à l'eau, on complète la stérilisation en enlevant l'épiderme avec un scalpel flambé et en plongeant le rameau

quelques instants dans l'alcool à 90°. Un nouveau rinçage à l'eau stérile élimine l'antiseptique. Le sarment est alors débité en petits fragments de 1,5 à 2 centimètres de long que l'on ensemence aseptiquement en les piquant à la surface d'un des milieux imaginés par GAUTHERET [1]. La tige de vigne est douée d'une forte polarité ; seule l'extrémité tournée vers la racine est capable de proliférer *in vitro*. Il faut prendre soin, au cours de ces essais, d'orienter les fragments que l'on détache et de les piquer dans la gélose la tête en bas, pour que leur face radiculaire qui seule se développe, soit située à l'air libre ; car le contact du milieu aqueux inhibe plus ou moins le développement des tissus.



J. Vincent phot.

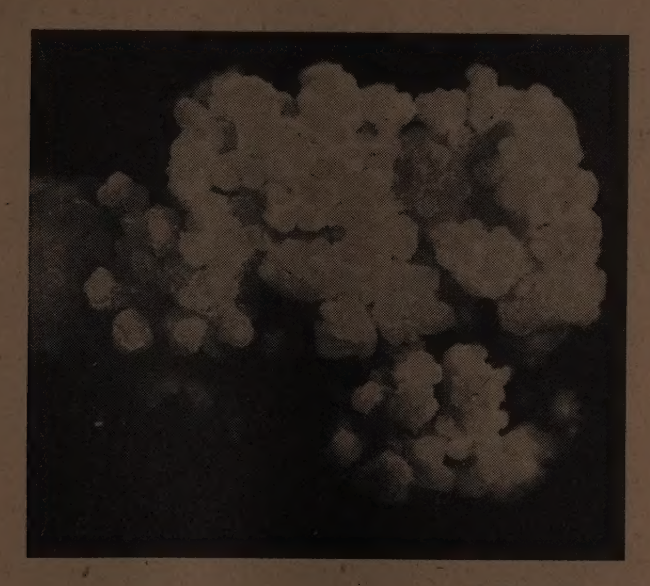
FIG 1. — Fragment de tige de Vigne après deux mois de culture *in vitro*. Il est couronné par un énorme cal de tissus néoformé.

Placé dans ces conditions à la température de 18 à 20°, le fragment ne tarde pas à proliférer. Au bout de huit jours, on voit apparaître sur la section de la zone génératrice située à l'air libre un anneau blanc de parenchyme néoformé. Cet anneau se gonfle rapidement et, au bout d'un mois et demi à deux mois le morceau de tige est couronné par un énorme cal parenchymateux (fig. 1). Il faut alors procéder au premier repiquage ; pour cela, on retire la culture du tube, on la place dans une boîte de Pétri stérilisée et là, on découpe dans le cal de tissus néoformé de petits fragments grossièrement cubiques de 5 millimètres de côté environ ; ce sont ces fragments que l'on repique sur un milieu gélosé identique à celui qui a servi pour l'isolement.

[1] Voici la composition de ce milieu :

Solution de Knop diluée de moitié	1.000 centimètres cubes.
Gélose	12 grammes.
Glucose	30 grammes.
Acide indole β-acétique	0,0003 grammes
Aneurine	0,001 gramme.
Cystéine	0,01 gramme.

Les fragments repiqués ne tardent pas à repartir. Leur volume s'accroît régulièrement et, au bout de deux mois, la culture envahit tout le tube de 24 millimètres de diamètre (fig. 2). Il faut alors procéder à un nouveau repiquage.



J. Vincent phot.

Fig. 2. — Culture de tissus de Vigne âgée de deux mois provenant d'une souche de dix-huit mois (9e repiquage).

Ce sont ces tissus vivants de Vigne qui permettent de cultiver *in vitro*, le *Plasmopara* (17). Pour cela, on prélève avec un fil de platine flambé, sur des feuilles de vigne attaquées, de jeunes conidies de Mildiou que l'on dépose dans une goutte d'eau stérile placée à la surface de la culture de tissus. Là, les conidies germent rapidement. Les zoospores se fixent sur la culture qu'elles envahissent facilement par leur pore germinatif, puisque celle-ci n'est pas protégée par un épiderme. Le mycélium se développe dans le parenchyme et au bout de six à dix jours on voit apparaître un feutrage blanc (fig. 3) décelant l'appareil conidien du parasite. On obtient ainsi toute l'année, des conidies fraîches qui constituent une excellente source d'infection pour le matériel destiné aux essais.

Culture de la Vigne.

La culture de la Vigne en serre ne présente aucune difficulté. Les horticulteurs belges réalisent couramment dans leurs forceries ce tour de force de produire du raisin en n'importe quelle saison. Il suffit de disposer d'une serre bien éclairée où règne une température de 18° à 20° pour que la croissance se maintienne constante. Nous utilisons des jeunes plantes uniformes âgées d'un an, cultivées dans des pots de 18 centimètres de diamètre. Ces plantes sont obtenues par bouturage au printemps de fragments de sarments encore à l'état de repos. Ces boutures, longues de 2 centimètres environ, ont un seul bourgeon; elles sont enterrées à plat dans du terreau. L'immersion préalable

pendant vingt-quatre heures dans une solution d'acide indole-β-acétique à la concentration de 10^{-5} favorise beaucoup l'émission de racines. Dans ces conditions, avec les cépages que nous utilisons : Aramon, Chasselas et Cabernet, la reprise est de 100 p. 100.



J. Vincent phot.

Fig. 3. — Mildiou se développant sur fragment de tissus de Vigne cultivée *in vitro*. Le duvet blanc qui recouvre la culture est constitué par l'appareil conidien du champignon.

Les jeunes plantes repiquées une première fois en serre dans des pots de 8 centimètres achèvent leur développement en plein air; durant l'hiver, elles sont taillées à 2 ou 3 yeux et utilisables dès le printemps suivant. Il faut les maintenir constamment sous abri vitré durant la belle saison, pour les soustraire aux attaques spontanées du Mildiou.

Réalisation des infections.

On sait que l'infection de la Vigne par le *Plasmopara* se transmet par les conidies du parasite. Ces conidies ne germent qu'en milieu liquide, en libérant des zoospores ciliées qui nagent dans l'eau recouvrant la feuille avant de pénétrer à l'intérieur du mésophylle par les stomates. Cette opération nécessite une durée de une à dix-huit heures suivant la température. Il importe donc de maintenir les feuilles mouillées pendant ce temps.

Voici comment nous opérons : à l'aide de cultures de Mildiou ou d'attaques récentes sur feuilles, nous réalisons une suspension de conidies dans de l'eau distillée dans du Pyrex. Cette suspension qui est approximativement ajustée à la concentration de 50.000 spores par centimètres cubes, est pulvérisée sur la face inférieure des feuilles d'un pied de vigne haut de 50 ou 75 centimètres portant de préférence une seule tige. Pour cela la plante est placée sur une table tournante constituée par un mécanisme de phonographe animé d'une vitesse de rotation d'environ 20 tours par minute. La suspension

est appliquée uniformément à l'aide d'un petit pulvérisateur en verre que l'opérateur tient en main (fig. 4). Ce pulvérisateur fonctionne à la pression constante de 0 kilogr. 2 par centimètre carré. La pression nécessaire est fournie par un tube d'air comprimé. La plante est ensuite placée dans une chambre à infection où règne une température de 18 à 20° et située à l'intérieur è la serre. C'est une cage vitrée (fig. 5) bien étanche, sans plancher, placée à même le sol humide d'une bâche remplie de tourbe. Avant d'y introduire les vignes infectées, on sature l'atmosphère de vapeur d'eau en y produisant pendant une heure environ un fin brouillard à l'aide d'un pulvérisateur identique à celui qui est utilisé pour l'infection.

Les pieds de vigne séjournent vingt-quatre heures dans cette enceinte. Les feuilles y demeurent constamment mouillées, même l'été, par des températures très élevées. Grâce à ce séjour en chambre humide nous n'avons jamais eu d'insuccès au cours des infections. Au bout d'une période d'incubation de six jours, la plante est replacée vingt-quatre heures dans cette cage. Ce nouveau séjour a pour but de favoriser l'apparition des conidies du Mildiou. Si la serre était très sèche, ces derniers ne se formeraient pas et on aurait une attaque dite en *tache d'huile,* peu visible.



J. Vincent phot.

Fig. 4. — Infection d'un pied de vigne. La plante, placée sur la table tournante en rotation, est mouillée de façon uniforme par la suspension de conidies finement pulvérisées à l'aide d'un appareil en verre.

Conduite des essais.

Les méthodes de lutte contre le Mildiou de la Vigne sont des méthodes préventives. Une fois l'infection déclarée, quand le parasite a pénétré à l'intérieur des tissus, il est devenu impossible de le détruire. Il importe donc de recouvrir les organes de la plante d'une mince pellicule adhérente d'un produit capable d'empêcher les conidies de germer, ou de tuer les zoospores.

On commence donc par réaliser avec le corps à étudier une bouillie que l'on pulvérisera sur les pieds de vigne. Pour cela 5 grammes du composé finement broyé sont mélangés avec 1 gr. 5 de bentonite et délayés lentement dans 1 litre d'eau. La bentonite a pour effet de favoriser la suspension du produit; l'adjonction de « Novemol » abaisse



J. Vincent phot.

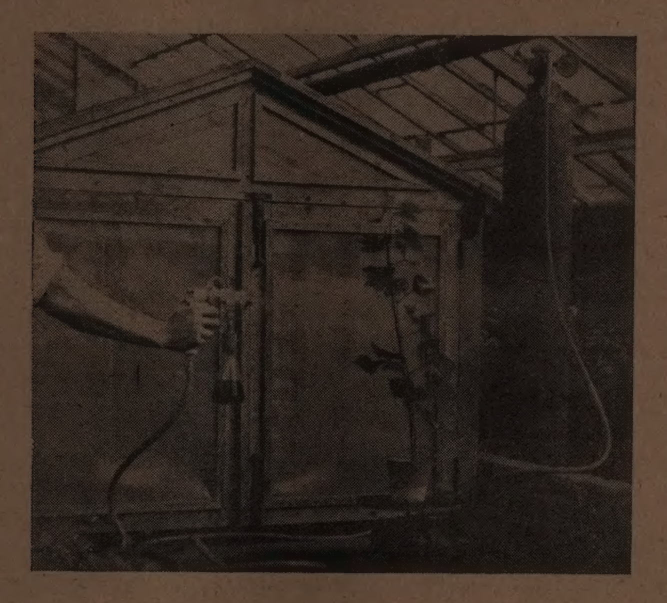
Fig. 5. — Cage à infection. L'atmosphère y est saturée de vapeur d'eau grâce au fin brouillard produit par un appareil identique à celui de la figure précédente.

la tension superficielle et rend le produit plus mouillant. Les composés solubles sont simplement dissous et les liquides non miscibles à l'eau émulsionnés à l'aide d'oléate d'ammoniaque. Une fois la bouillie prête, on en pulvérise régulièrement 100 centimètres cubes sur trois pieds de vigne. Nous utilisons pour cela un pistolet à peinture (fig. 6) fonctionnant sous une pression d'air de 2 kilogrammes par centimètre carré et produisant un très fin brouillard. Le pistolet est réglé de façon à produire un jet dont la section plane est une ellipse très allongée de grand axe, légèrement supérieur à la hauteur de la plante. Comme précédemment au cours de l'infection, l'appareil est maintenu fixe par l'opérateur et la plante est placée sur la table tournante.

On laisse sécher la bouillie pendant vingt-quatre heures et le lendemain les quatre plantes traitées sont infectées par une suspension de conidies de la façon décrite précédemment : on infecte également une cinquième plante qui servira à contrôler la marche de l'infection. Les vignes sont alors placées dans la chambre humide pendant vingt-quatre heures et six jours plus tard il ne reste plus qu'à contrôler l'action du produit en examinant les taches de mildiou sur les feuilles. Dans les conditions où nous opérons, nous n'avons jamais observé d'infection avec la bouillie bordelaise à 0,5 p. 100. On peut donc éliminer tous les produits n'assurant pas une protection identique.

Conclusions.

La méthode que nous venons de décrire répond parfaitement au but que nous nous étions proposé : faire un tri rapide parmi les innombrables produits de synthèse que préparent les organiciens et ne retenir que ceux qui sont susceptibles d'un usage



J. Vincent phot.

Fig. 6. — Traitement d'un pied de vigne par le produit à étudier. La plante est à nouveau placée sur la table tournante ; le produit à étudier, contenu dans l'erlenmeyer, est uniformément réparti sur les feuilles à l'aide du pistolet à peinture.

agricole dans la lutte contre le Mildiou. Cette méthode est très rapide, puisque avec une seule chambre à infection de la dimension de celle que nous utilisons, on peut faire une série d'essais de quatre produits tous les deux jours et qu'il est possible d'apprécier les résultats dix jours après la pulvérisation. De plus, elle permet de travailler en toute saison. Elle n'a pas la prétention de fournir des résultats aussi précis que les délicates techniques de laboratoire que nous avons signalées au début de cet article, ni de fournir des résultats définitifs au point de vue pratique. Seuls des essais systématiques réalisés en plein vignoble, dans les conditions normales d'utilisation, peuvent donner une certitude absolue à cet égard. Mais comme on ne peut songer à étudier sérieusement en plein champ, plus d'une vingtaine de produits par saison sur quelques hectares de vigne, ce tri demeure indispensable.

Cette méthode nous a permis d'étudier ces dernières années un grand nombre de composés organiques (18). Très peu se sont montrés efficaces. Ceux qui ont résisté à cette épreuve sont essayés actuellement dans le vignoble.

BIBLIOGRAPHIE.

1. Burn (S.-H.). — The Error of biological essais. *Physiol. rev.*, 10, 146-149, 1930.
2. Mc Callan S. E. A. et Wilcoxon (F.). — An analysis of factors causing variation in spore germination test of fungicides.
   a. Method of obtaining spores. *Contr. Boyce-Thompson Inst.*, 11, 5, 20, 1940.
   b. Method of Spraying. *Contr. Boyce-Thompson Inst.*, 11, 309-324, 1940.
   c. Slope of toxicity curves replicate test and fungi. *Contr. Boyce-Thompson Inst.*, 12, 49-79, 1941.
   d. Time and temperature. *Contre. Boyce-Thompson Inst.*, 13, 431-451, 1942.
3. Kotte. — *Zentralblatt für Backt. und Parasitënkunde,* II Abt, Band. 61, 1924.
4. Görnitz. — *Mitteilungen biol. Reichsanst, für land-und Forstw.*, Heft 46, 1932.
5. Staudermann. — Methode zur Prüfung von Peronosporamitteln im Gewächshaus. *Mitteilungen biol. Reichsanst für land-und forstw.*, Heft, 55, 1937.
6 Ravaz et Verge. — Sur la germination du mildiou de la vigne. *C. R. Ac. Sc.*, T. 173, p. 1421, 1921.
7. Branas (J.), Bernon (G.), Damiens (P.), Nouvel (J.). — La toxicité des métaux pour le mildiou. *Progrès agric. et vitic.*, 1941, 44, p. 199.
8. Branas (J.), Bernon (G.) et Bellet (H.). — La toxicité des électrolytes à l'égard du Mildiou de la vigne. *Progrès agric. et vitic.* 1942, 45.
9. Hamilton (S. M.), Palmiter (P.-H.), et Weawer (L.-O.). — Evaluation of fermate for the control of apple scab. and cedar apple rust. *Phytopath.* 33, 5, 1943.
10. Mc Callan (S. E. A.) et Wellman (R.-H.). — A greenhouse method of evaluating fungicide by means of tomato foliage disease. *Contr. Boyce Thompson Inst.*, 13, 1-93, 1943.
11. Mc Callan (S. E. A.). — Evaluating fungicides by means of greenhouse snap-dragon rust. *Contr. Boyce Tompson Inst.*, 13, 367-385, 1943.
12. White (Ph.-R.). — Manual of Plant tissue culture Lancaster 1943.
13. Gautheret (R.-J.). — Manuel technique de culture des tissus végétaux Paris, 1942.
14. Gautheret (R.-J.). — La culture des tissus. Paris, 1945.
15. Nobécourt (P.). — La culture des tissus et des organes végétaux. *Revue scientifique*, n° 3220, 161-169, 1943.
16. Morel (G.). — Sur la possibilité de réaliser la culture indéfinie des tissus de vigne. *C. R. Acad. Sc.*, 219, p. 36-37, 1941.
17. Morel (G.). — Le développement du mildiou sur des tissus de vigne cultivée *in vitro*. *C. R. Ac. Sc.*, 218, p. 50-52, 1944.
18. Kovache (A.), Raucourt (M.), Ficheroulle (H.), Morel (G.), — Recherches sur les propriétés fongicides de certains composés organiques. *Ann. des Épiphyties*, t. XIII, fasc. 1, 1947.